

CT 730050

LA POURRITURE DES CAPSULES DU COTONNIER : ESSAI DE MISE EN PLACE D'UNE MÉTHODE DE LUTTE

par

J. CAUQUIL

Thèse présentée à l'Université de Paris-Sud, Centre d'Orsay

Coton et Fibres tropicales se félicite de publier la thèse présentée par M. Jean CAUQUIL devant l'Université de Paris-Sud. Nous nous proposons de la scinder en trois parties qui seront publiées, respectivement, dans les fascicules 2, 3 et 4 du volume XXVIII (1973). Chacune comprendra les chapitres suivants :

Fascicule 2 :

Introduction.
Le cotonnier.
Les dégâts de pourriture sur les capsules.
Les organismes responsables.

Fascicule 3 :

Les mécanismes de l'infection capsulaire.
Les sièges de la résistance des capsules aux pourritures.

Fascicule 4 :

La lutte contre les pourritures des capsules.
Conclusions générales.
Bibliographie.

SOMMAIRE DE LA PREMIÈRE PARTIE

INTRODUCTION

Chapitre premier : LE COTONNIER

- 1.1. La plante, la fleur, la capsule.
- 1.2. L'échelonnement de la floraison et de la capsulaison.
- 1.3. Les variétés employées.

Chapitre deux : LES DÉGÂTS DE POURRITURE SUR LES CAPSULES

- 2.1. Les symptômes.
- 2.2. L'évaluation des dégâts.
 - 2.2.1. L'époque de prélèvement des échantillons.
 - 2.2.2. La taille des échantillons.
 - 2.2.3. Discussion.
- 2.3. L'importance des dégâts.
- 2.4. Conclusions.

Chapitre trois : LES ORGANISMES RESPONSABLES

- 3.1. Les techniques d'isolement.
- 3.2. La détermination des espèces fongiques.
- 3.3. Le parasitisme des espèces fongiques isolées.
 - 3.3.1. La pénétration à travers le péricarpe.
 - 3.3.2. La pénétration à la faveur d'une blessure du péricarpe.
- 3.4. Le cas des bactéries.
- 3.4. Discussion et conclusion.

INTRODUCTION

L'essentiel des travaux présentés ici a été réalisé en République Centrafricaine.

Dans ce pays, la culture du cotonnier occupait 133 000 ha en 1969 pour une production de 53 744 tonnes de coton-graine. Elle constitue la principale source de revenu de près de 300 000 planteurs du centre et du nord-ouest du pays sur une population totale de 2 000 000 d'habitants environ. La fibre de coton tient, en valeur, la deuxième place dans les exportations de la Centrafrique, après les diamants, et la première position dans les exportations végétales devant le bois en grumes et le café.

Si les progrès de la culture du coton sont très nets depuis les dernières années grâce à la création de variétés productives avec de bonnes qualités technologiques, l'utilisation des engrais minéraux et l'augmentation des surfaces protégées contre les insectes (35 % des surfaces emblavées en 1969), l'on reste cependant

désarmé contre les dégâts de pourritures des capsules qui atteignent 10 à 20 % des fruits en moyenne.

Le but de cette étude effectuée en grande partie sur la Station Centrale de l'Institut de Recherches du Coton et des Textiles Exotiques de Bambari (R.C.A.) est de mettre au point une méthode de lutte pour réduire ces dommages. Un séjour d'un an aux États-Unis à la Station de Stoneville dans le Mississippi a permis de préciser certains points particulier concernant la pourriture des capsules du cotonnier.

Le présent mémoire se propose de définir les différents types de dommages subis par les fruits, de mettre en évidence les organismes responsables avec leur mode de pénétration, et de préciser les obstacles que la capsule présente à la progression des parasites. Après ces observations, nous essayerons d'en déduire le principe d'une méthode de lutte.

Chapitre I : LE COTONNIER

1.1. La plante, la fleur, la capsule

Le cotonnier est une Dicotylédone de la famille des Malvacées, tribu des Hibiscées, genre *Gossypium*. Il existe une vingtaine d'espèces sauvages réparties sur les cinq continents sauf l'Europe; les unes diploïdes à 26 chromosomes, les autres tétraploïdes à 52 chromosomes. L'aire de répartition de ces cotonniers spontanés s'étend de part et d'autre de l'Équateur jusqu'aux 35-40° degrés de latitude, tandis que les espèces cultivées peuvent atteindre le 45° degré. En Afrique Centrale, les variétés relevant de l'espèce *Gossypium hirsutum* ($2n = 52$) sont les seules cultivées; elles sont appelées couramment « cotonniers américains » ou « uplands ».

Le cotonnier est une plante annuelle avec une racine pivotante et une tige principale dressée à croissance continue. La tige se développe en donnant naissance à des ramifications de deux types :

- les branches végétatives à croissance monopodiale au nombre de trois à quatre ;
- les branches fructifères à croissance sympodiale dont l'apex se termine par une fleur.

La croissance ultérieure des rameaux fructifères est assurée par le départ du bourgeon axillaire situé immédiatement au-dessous de la dernière fleur apparue. La chronologie de l'apparition des fleurs est la suivante : chaque sympode porte six à huit boutons floraux, appelés « squares », à cause de leur forme anguleuse due aux trois bractées enveloppant la future fleur. Celle-ci éclôt 20 à 25 jours après la différenciation du square. 2 à 3 jours séparent l'ouverture de fleurs successives sur deux sympodes différents et 6 à 8 jours s'écoulent entre l'apparition de deux fleurs sur un même sympode. L'ordre d'ouverture des fleurs est le même que celui d'apparition des squares.

La fleur se compose des éléments suivants (fig. 1) :

— un involucre de trois gractées foliacées, vertes et dentées de 2 à 3 cm de long ;

— un calice avec cinq sépales soudés ou bractéoles adhérent étroitement à la base du fruit quand celui-ci se développe ;

— une corolle tubulaire formée de cinq grands pétales blancs, de 4 à 5 cm de long, devenant rose puis pourpre après la fécondation ;

— un androcée formant un fourreau tubulaire entourant le pistil et comprenant dix rangs d'étamines aux anthères jaunes ;

— un gynécée d'un centimètre de diamètre environ, constitué de trois à cinq carpelles de couleur verte et surmonté d'un style fait d'autant d'éléments qu'il y a de locules soudées pour former l'ovaire.

Au-dessus, le stigmate est de couleur jaune.

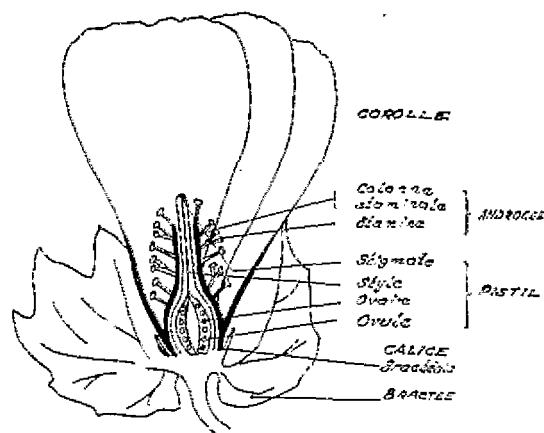


Fig. 1. — Coupe longitudinale d'une fleur de cotonnier d'après « Le coton au Maroc », I.N.R.A., Rabat (1962).

La fécondation des ovules se produit 1 à 2 jours après l'ouverture de la fleur, la corolle se fane et tombe 3 à 4 jours après l'épanouissement entraînant avec elle étamines et pistil. Chez certaines variétés ces organes floraux sèchent et demeurent accolés au sommet de l'ovaire. Dans certains cas, ils peuvent se décomposer et permettre la pénétration de microorganismes au sommet du fruit par l'intermédiaire du style.

Après la fécondation, l'ovaire ou capsule atteint sa pleine taille de 2 à 5 cm au bout de 20 à 25 jours ; elle est de forme variable, sphérique à ovoïde selon les variétés. De couleur verte, elle est parsemée de points sombres correspondant à des glandes à résine. A sa base, protégée par les bractées se trouvent les nectaires floraux et extrafloraux. Un fort pédoncule à structure de tige, de 2 à 6 cm de long, la porte (fig. 2).

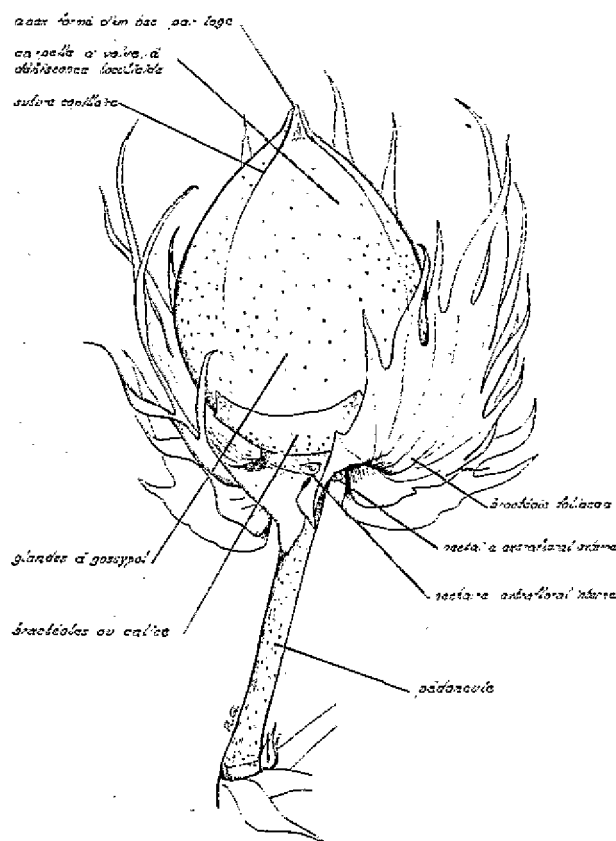


Fig. 2. — Vue extérieure d'une capsule de cotonnier avant la déhiscence.

La capsule comprend quatre à cinq valves renfermant chacune ce que nous appelons une loge (lock en anglais) incluse dans sa locule. La loge comprend six à huit graines reliées au placenta axial par leur micropyle (fig. 3). Ces graines sont vêtues de poils unicellulaires de deux sortes : des soies courtes ou «linters» et des soies plus longues ou «lint» qui constituent la fibre commercialisable.

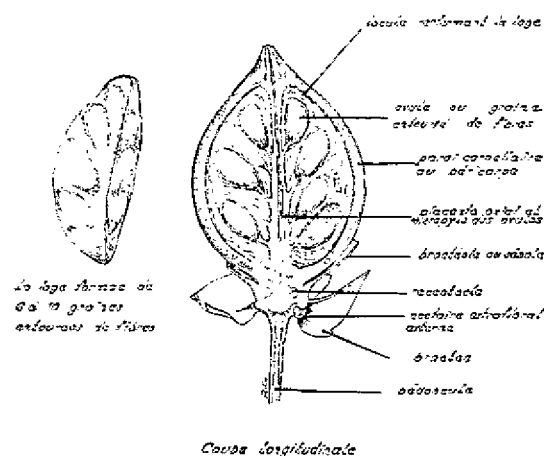


Fig. 3. — Morphologie interne d'une capsule de cotonnier âgée de 6 semaines environ.

A la maturité capsulaire, c'est-à-dire sept à huit semaines après la fécondation, la paroi des valves se dessèche, brunit et les sutures s'ouvrent le long des zones de déhiscence des carpelles ; ce clivage a lieu aussi sur l'axe placentaire. On dit que la capsule « craque » ; le contenu des locules, graines et fibres, sort en bouffant, tandis que le péricarpe se rétracte, donnant ainsi un bel aspect neigeux aux champs de coton en période de récolte.

1.2. L'échelonnement de la floraison et de la capsulaison

Une étude entreprise à Bambari en 1968 et 1969 sur la variété BJA592 permet de préciser les données concernant la végétation du cotonnier dans le milieu centrafricain. Ce travail est effectué sur dix séries de dix cotonniers prises au hasard dans une parcelle de dix ares environ. Le semis est réalisé à la fin du mois de juin et les plants reçoivent les soins culturaux habituels sur la Station (fumures, traitements insecticides, etc.). Durant toute la période de floraison les fleurs ouvertes sur les cotonniers choisis sont marquées chaque matin en utilisant un brin de laine dont la couleur est différente chaque semaine. A leur déhiscence les capsules sont récoltées chaque semaine avec leurs marques ce qui permet de connaître leur origine ainsi que leurs caractéristiques (poids, état sanitaire). La floraison utile, c'est-à-dire celle concernant les fleurs produisant des capsules, a duré sept semaines pendant les deux années de la présente étude, du début septembre à la mi-

octobre. La période normale d'apparition de la première fleur est de 55 à 65 jours mais les mauvaises conditions du sol ou de climat peuvent porter ce délai à 80-85 jours.

De nombreux boutons floraux tombent avant d'atteindre le stade fleur et de nombreux ovaires se détachent de la plante avant la maturité. Le tableau 1 relate l'évolution de la floraison et de la capsulaison ainsi que la chute des organes fructifères ou « shed»

ding» (nombre de capsules tombées avant la déhiscence pour 100 fleurs). La chute des fruits augmente avec l'avancement de la saison, tandis que les poids moyens capsulaires diminuent. La figure 4 exprime pour chaque semaine de floraison, le nombre de fleurs écloses, celui des capsules arrivées à maturité et leur production en coton-graine. L'essentiel de la production (89,2 %) est assurée par les 2^e, 3^e, 4^e et 5^e semaines de floraison.

Tableau 1. — *Floraison et capsulaison hebdomadaires de cent contonniers de la variété BJA 592 en 1968 sur la Station de Bambari.*

Semaines de floraison	Fleurs		Capsules		Chute d'organes floraux %	Poids moyen capsulaire (g)	Production de coton-graine	
	Nombre	% cumulés	Nombre	% cumulés			Poids (g)	% cumulés
1 ^{re} semaine	52	2,0	45	4,0	13,5	5,40	238	4,9
2 ^e semaine	262	12,6	196	21,6	25,4	5,62	1 071	27,2
3 ^e semaine	468	28,9	237	42,9	41,4	5,17	1 203	52,3
4 ^e semaine	604	52,7	264	66,1	56,3	4,45	1 150	76,7
5 ^e semaine	574	75,5	264	89,6	54,0	3,32	835	94,1
6 ^e semaine	394	92,3	93	98,1	77,4	2,78	240	99,1
7 ^e semaine	193	100,0	19	100,0	90,2	2,90	46	100,0

L'ouverture des capsules commence vers le 120-130^e jour après le semis. On appelle durée de la phase de capsulaison le laps de temps compris entre la

fécondation de la fleur et la déhiscence de la capsule : il est, par exemple, de 36,5 jours en moyenne pour la variété BJA 592. Cette durée change avec les variétés : elle est comprise entre 45 et 60 jours. Nous verrons plus loin que la durée de la période de maturation a une incidence sur le comportement capsulaire à l'égard des pourritures de capsule. La maturité s'étend sur six semaines environ ce qui donne un cycle complet de végétation de 170 à 180 jours ; selon les variétés et les climats, il peut se dérouler sur une période de 120 à 210 jours.

1.3. Les variétés employées

Dans l'amélioration des variétés de cotonnier cultivées en Afrique Centrale, l'idée directrice a été d'obtenir une plus grande pilosité des feuilles, caractère de résistance génétique aux attaques de Cicadelles, notamment des Jassides (*Empoasca* sp.), très importantes en culture de savane. Dans un second temps, pour certaines autres variétés, la résistance génétique à la Bactériose (*Xanthomonas malvacearum*) a été recherchée ou introduite par hybridation. Ces caractères doivent nécessairement être associés à de bonnes qualités agronomiques : productivité, port équilibré, précocité, ainsi que technologiques : longueur, ténacité, couleur, finesse de la fibre, etc.

Ces variétés ont été créées sur les différentes Stations de l'I.R.C.T., de Bambari et de Bossangoa en Centrafrique, de Bebedjia et de Tikem au Tchad, et de Maroua au Cameroun. Ce sont des sélections génalogiques les unes venant d'une seule lignée, les autres d'une série mélangée (bulk) de plusieurs lignées.

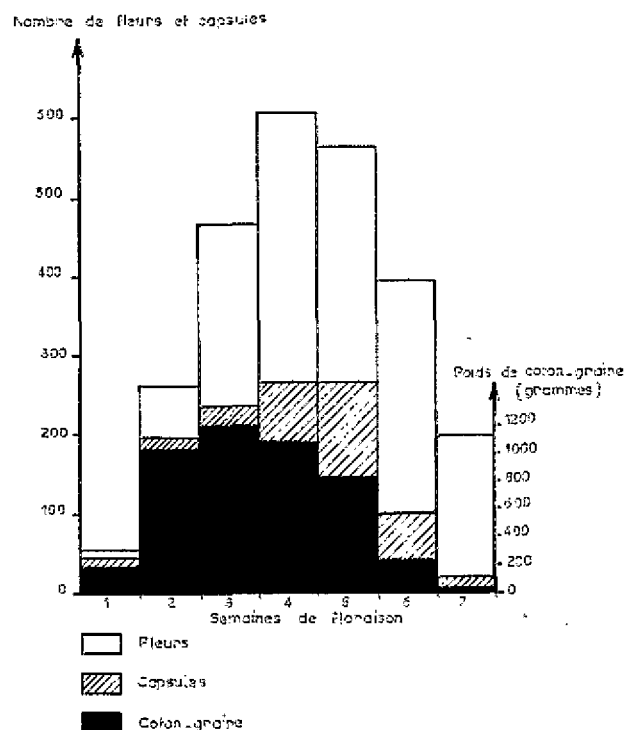


Fig. 4. — Floraison, capsulaison et production du cotonnier à Bambari. Variété BJA 592, année 1968.

Dans les croisements originels entrent toujours des variétés introduites des Etats-Unis avant la seconde guerre mondiale : Allen long staple, Triumph big boll, Stoneville 2 B, Foster.

Dans le cas de la variété N'Kourala, originaire du Mali, la variété mère américaine n'est pas connue, mais il y a certainement eu hybridation avec *Gossypium hirsutum*, variété *punctatum*, ce qui expliquerait d'après KNIGHT (1939, 1941) la présence du gène B_1 de résistance à la Bactériose ; pour l'Allen Zaria, population du Nigeria descendant de l'Allen long staple, cette influence est moins sûre.

La figure 5 explique l'origine des variétés les plus courantes :

Variété D9 : cultivée en Centrafrique jusqu'en 1963, est une sélection généalogique dans la variété Banda 4 créée à Bambari en 1952. Les Banda sont eux-mêmes issus de Triumph big boll. Toutes sont sensibles à la Bactériose.

Variété Réba B 50 : qui a remplacé le D9 dans la même zone de culture jusqu'en 1967, ne subsiste actuellement que dans l'Est. Cette variété est le résultat du mélange des descendants d'un plan choisi en F5 à partir d'un croisement fait à Bambari en 1953 entre Stoneville B 1439 et Allen 50 T. Elle possède deux gènes de résistance à la Bactériose qui sont majeurs, dominants et indépendants : B_{54} et B_{55} .

Variété Réba BTK 12 : destinée à remplacer Réba B 50, est issue d'une sélection pedigree faite à Bambari dans le croisement Stoneville 1439 \times (TK 1) 2.

Variété Réba TK 1 : est le produit de croisement entre N'Kourala et Banda. Réba BTK 12 et TK 1 sont résistantes à la Bactériose avec deux gènes majeurs et dominants : B_1 et B_2 ayant un pourcentage de recombinaison de l'ordre de 30 %.

Variété Allen 333 : utilisée jusqu'en 1968 dans le nord-est, provient d'une sélection massale effectuée à Maroua en 1967 dans une lignée choisie à Tikem par sélection généalogique d'un plan issu de l'Allen Zaria. Cette variété a été cultivée au Nord Cameroun et au Tchad mais est actuellement remplacée par HG 9 ou BJA 592. Elle est tolérante à la Bactériose avec le gène majeur B_2 .

Variété E 40 : n'a jamais été cultivée en Centrafrique, mais l'est sur une faible surface en République Populaire du Congo. Nous l'utilisons dans nos essais à cause de sa très grande sensibilité aux pourritures de la capsule. Elle résulte du croisement Banda par N'Kourala fait à Bossangoa en 1951. Cette lignée sort d'une sélection généalogique au stade F5 à partir d'un seul plant. Elle est sensible à la Bactériose.

Variété BJA 592 : est issue du croisement TK 1 par E 43 fait en 1957 à Bossangoa, ces deux lignées venant du croisement Banda \times N'Kourala. Il s'agit d'un mélange de cinq lignées en F5 issues d'une sélection pedigree faite à Bébedjia. Cette variété résistante à la Bactériose (facteurs de résistance B_1 et B_2) a pris une grande extension en Afrique Centrale et de l'Ouest depuis 1967. En Centrafrique elle recouvre actuellement la presque totalité du pays.

Variété HG 9 : provient du croisement fait en 1956 à Tikem, du produit de Allen 333 par Foster avec Allen 49 T. Une lignée en 4 issue d'une sélection a donné cette variété qui est cultivée au Tchad dans la zone où le BJA 592 ne convient pas. Elle est tolérante à la Bactériose avec le facteur de résistance B_2 .

Il ressort de cette étude qu'il n'y a pas eu de sélection conduite dans le sens de la résistance aux pourritures de capsules dans la zone francophone. A notre connaissance de telles études n'ont pas encore été entreprises dans les autres pays cotonniers.

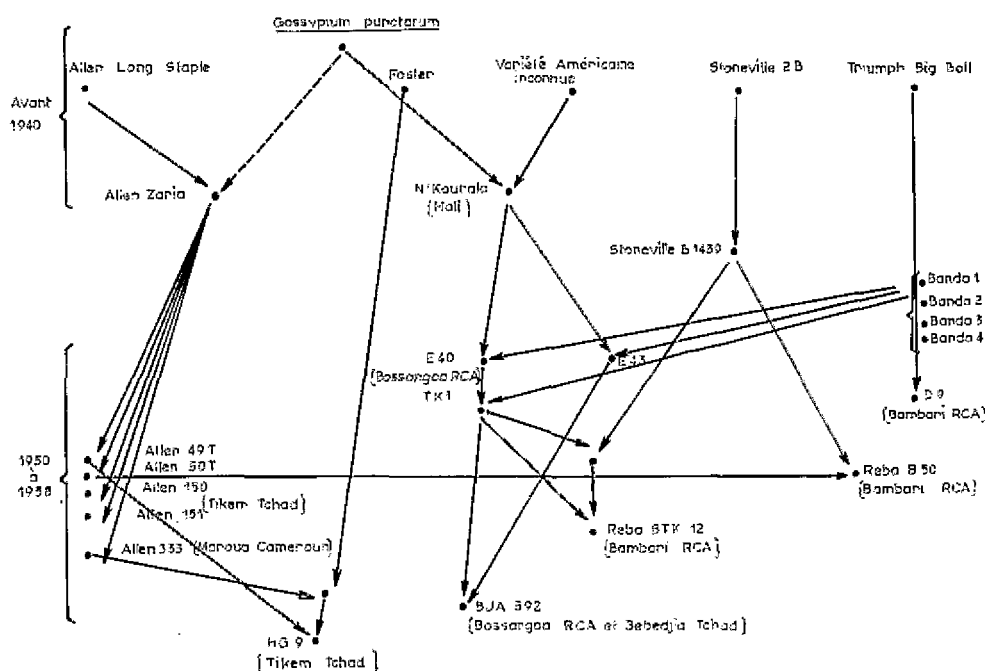


Fig. 5. — Origine des principales variétés de cotonnier cultivées en Afrique Centrale : Cameroun, Centrafrique, Tchad.

Chapitre II : LES DÉGATS DE POURRITURE SUR LES CAPSULES

2.1. Les symptômes

Durant la phase fructifère le cotonnier subit de nombreux dommages qui se manifestent de façons différentes :

- Chutes d'organes : boutons floraux, fleurs, avant ou après fécondation.
- Arrêts de croissance ou dessèchement du fruit.
- Destruction partielle ou totale de la capsule avant ou après sa déhiscence.

— *Les chutes d'organes* ou «shedding» ont des causes essentiellement physiologiques (dessiccation des boutons, coulure des fleurs) ou parasitaires (attaques de larves de Lépidoptères, piqûres d'Hémiptères).

— *Les arrêts de croissance* les plus courants sont les momifications. Elles se traduisent par un dessèchement du fruit en place avant qu'il ait atteint sa taille définitive. Le plus souvent les vaisseaux conducteurs du pédoncule cessent de fonctionner et les tissus carpellaires meurent. Bien que les causes de ce type de dérèglement soient nombreuses et souvent mal connues (perturbation de la physiologie de la plante, accidents climatiques, ou parasites), la présence de nombreux microorganismes localisés à l'intérieur des momies tendrait à prouver qu'une partie de ces manifestations a une cause pathologique. *L'ouverture précoce*, ou «bad opening» des Anglo-Saxons, est un autre résultat des arrêts de croissance : les zones de déhiscence capsulaire entrent en fonction avant l'échéance normale et la capsule immature s'ouvre. De nombreuses moisissures se développent alors sur la partie des loges exposée à l'air libre : la fibre humide se colore et ne bouffe pas comme il est normal. Il s'agit ici d'un désordre physiologique d'origine inconnue.

— *La destruction des tissus capsulaires* est le résultat de l'action conjuguée ou séparée d'insectes et de microorganismes. Les prédateurs les plus dangereux sont les «vers de capsule», chenilles de Lépidoptères qui pénètrent dans l'ovaire à différents stades et se nourrissent aux dépens des valves et des loges. Leurs dégâts propres sont souvent suivis de

décomposition dues à de nombreux éléments parasites, essentiellement des bactéries. Les autres insectes prenant leur nourriture sur le fruit du cotonnier sont essentiellement des Hémiptères : Mirides (*Lygus*, *Halopeltis*), Pentatomides (*Nezara*), Pyrrhocorides (*Dysdercus*). Ces derniers, en piquant les capsules, introduisent ou favorisent l'entrée de divers agents de pourriture. Mais avant l'ouverture des carpelles, en dehors de toute intervention d'insectes, des agents de pourriture, agissant seuls ou en association, peuvent pénétrer dans le fruit et entraîner sa détérioration. Ces microorganismes, sous les climats humides, sont susceptibles, après la déhiscence des valves, d'envahir les loges, d'empêcher la capsule de s'ouvrir complètement et d'interdire au coton de bouffer. C'est le symptôme décrit sous le terme de «tight lock» aux Etats-Unis.

Dans le présent mémoire, les dommages que nous étudierons sont les destructions, antérieures à la déhiscence et provoquées par des pathogènes, d'une, de plusieurs ou de la totalité des locules et loges du fruit. Nous excluons donc du cadre de ce travail les chutes d'organes, les momifications, les ouvertures précoces, le «tight lock» et les dégâts consécutifs à des déprédations de chenilles.

L'importance relative de ces divers dommages a été évaluée au cours de la campagne 1969 à la Station de Bambari.

Il apparaît dans le tableau 2 que, pour cent fleurs, le tiers à la moitié donnent des fruits à développement normal. Les dommages causés par les pourritures représentent de la moitié aux trois quarts des dégâts totaux.

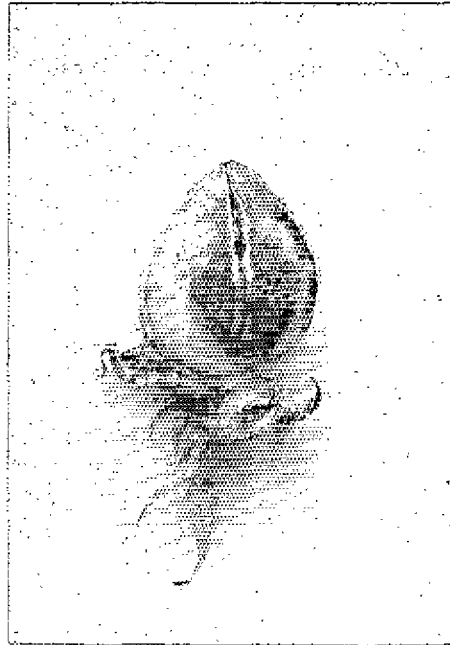
Les pourritures de capsules sont d'aspect varié et leurs symptômes permettent de les répartir en deux catégories principales (fig. 6).

a. La pourriture est visible de l'extérieur et les tissus du péricarpe sont nécrosés, en tache plus ou moins étendue d'origine bactérienne ou fongique. Le plus souvent ces attaques débutent le long d'une suture, à la base ou au sommet du fruit. Dans le cas d'une infection bactérienne la tache est oblongue, les tissus décomposés sont mous, noirs avec un exsu-

Tableau 2. — Evolution des fleurs de cent cotonniers appartenant à deux variétés (Bambari, 1969).

Variétés	BJA 592		Réba B 50	
	Total	%	Total	%
Fleurs	2 010	100	1 896	100
Chutes d'organes	1 207	60,1	896	47,3
Momies	59	2,9	69	3,6
Capsules à développement normal	744	37,0	931	49,0
Capsules saines	597	29,7	725	38,2
Capsules pourries	79	3,9	165	8,6
Capsules avec dégâts de chenilles	68	3,4	41	2,2

PLANCHE I



A



B



C

Fig. 6. — Les principaux types de pourriture capsulaire :

A - Pourriture externe (bactériose).

B - Pourriture interne sans piqûre.

C - Pourriture interne avec piqûres de *Dysdercus*.

dat liquoreux; dans le cas d'une attaque fongique la nécrose est souvent de forme ronde et de coloration brune avec quelquefois des fructifications colorées.

b. Les symptômes de pourriture ne sont pas décelables de l'extérieur et la capsule paraît saine; c'est en l'ouvrant qu'on découvre les dégâts qui peuvent être de divers types: pourriture interne partant de la base de la capsule et remontant le long du placenta pour gagner les graines par le micropyle; pénétrations mycéliennes par l'apex du fruit ou à travers les sutures interoculaires se développant sur la loge.

Une partie de ces pourritures internes a pour origine des piqûres de *Dysdercus* et cette voie d'entrée est souvent caractérisée par la présence d'excroissances néoplasiques à l'intérieur de valves ou sur l'axe placentaire.

Dans les analyses des organes fructifères, les pourritures sont donc classées en trois catégories:

- pourritures externes;
- pourritures internes sans trace de piqûre;
- pourritures internes avec piqûres de *Dysdercus*.

2.2. L'évaluation des dégâts

En pratique, les dommages dus aux pourritures de capsules se traduisent de deux façons différentes selon le degré d'évolution de la maladie, les parasites mis en cause et le milieu: soit une décomposition totale de la loge qui correspond à une perte quantitative, soit une détérioration partielle des soies qui se traduit par une baisse des qualités technologiques de la fibre. En effet, le coton fibre est vendu dans le commerce en fonction de certaines caractéristiques: aspect ou grade, longueur, ténacité, maturité. Les microorganismes ralentissent le processus de maturation en gênant le dépôt des couches celluliques à l'intérieur du lumen du poil, diminuent le grade par des colorations variées et réduisent la ténacité.

Au champ, l'estimation de ces dégâts lors de la récolte comporte une difficulté majeure, celle de séparer ce qui est dû aux pourritures de ce qui est imputable aux autres désordres. Il est cependant possible d'évaluer comparativement les dégâts de pourriture entre traitements ou variétés différents grâce à un échantillonnage adéquat. Pour cela deux éléments sont à considérer: l'époque de la récolte et le nombre des capsules à analyser.

2.2.1. L'époque de prélèvement des échantillons

La précision des estimations dépend au premier chef du moment où l'échantillon est récolté. La prise d'échantillon la plus classique est faite après la déhiscence des capsules: les entomologistes qui se sont souvent posés le problème de l'évaluation des dégâts de chenilles utilisent cette technique. La totalité des fruits (valves et loges) est récoltée en une ou deux fois sur un certain nombre de plants et conservée sur des claies de séchage. L'examen, qui peut être

fait après un délai, permet d'estimer les dommages: nombre de capsules atteintes, nombre de loges détériorées, poids du coton-graine récolté, fraction de coton déprécié. Cette méthode a l'avantage de permettre le stockage de l'échantillon; nous lui donnons la dénomination d'analyse « en sec ». La technique peut être simplifiée en récoltant seulement les loges que l'on sépare, au moment du ramassage, en loges saines de coton blanc et loges atteintes de coton jaune; dans un second passage, on compte d'une part les carpelles vides, d'autre part les capsules et les loges totalement détruites. On obtient ainsi mais avec moins de précision, les mêmes données que par l'analyse « en sec » classique.

Cette méthode d'analyse ne permet pas de déterminer l'origine des dégâts. Aussi, une amélioration de l'analyse « en sec » a été expérimentée dès 1961; elle consiste à récolter les capsules déhiscents chaque matin, avant que le dessèchement des valves ait lieu, afin de pouvoir plus aisément reconnaître la cause des divers dégâts subis par les fruits. C'est l'analyse « au jour de jour » que nous avons dû abandonner par la suite car il y avait une concentration très sensible de la population des insectes piqueurs (*Dysdercus*) sur les capsules encore sur pied, à tel point qu'une comparaison faite sur une même parcelle en 1965, fait apparaître 39 % de capsules pourries avec une telle méthode d'analyse contre 22 % pour l'analyse « en sec ».

Pour ne pas biaiser les résultats, l'analyse doit donc avoir lieu sur un échantillon récolté en une seule fois, assez tôt pour permettre de déterminer la cause des dégâts et à une époque telle que l'on puisse comparer des cotonniers ayant des cycles de fructifications différents. La récolte a été fixée au moment où le dixième des capsules de la variété la plus précoce Réba B 50 sont déhiscents. L'échantillon est constitué de la totalité des fruits encore verts ou déhiscents, d'un nombre déterminé de cotonniers. Les capsules sont décortiquées et les valves sont soigneusement examinées à l'intérieur, ainsi que les loges: elles sont classées en: saines, attaquées par les chenilles et pourries avec ou sans piqûre d'Hémiptères. Il s'agit de l'analyse « en vert », qui ne tient évidemment pas compte de ce qui aurait pu se passer après la récolte de l'échantillon et qui exprime plus la potentialité des dégâts que leur réelle intensité. Les observations ont montré cependant, qu'à ce moment là, la plupart des pourritures étaient initiées et seule leur gravité pouvait changer.

Dans le cas où certains facteurs sont différents comme la date de semis, la variété ou la protection contre les insectes, d'autres causes de dommage que les pourritures, essentiellement les déprédations de chenilles, peuvent influencer fortement sur le nombre de capsules susceptibles de pourrir. Il est donc nécessaire de ne pas exprimer les résultats en pourcentage de capsules pourries, mais d'utiliser un quotient de pourriture (Q.P.) qui exclut des éléments de calcul les capsules atteintes par les Lépidoptères. Nous avons la formule suivante:

$$\text{Q.P. \%} = \frac{\text{capsules pourries}}{\text{capsules totales} - \text{capsules chenillées}} \times 100 = \frac{\text{capsules pourries}}{\text{capsules saines} + \text{capsules pourries}} \times 100$$

2.2.2. La taille des échantillons

L'échantillon prélevé doit avoir un certain nombre de caractéristiques qualitatives et quantitatives.

La floraison du cotonnier étant échelonnée sur plusieurs semaines, il porte au cours de la période de fructification des capsules à différents stades de maturité. De plus, comme nous le verrons par la suite, les caractéristiques des fruits changent selon l'époque de leur floraison et leur position sur les branches du cotonnier. En outre, l'influence des conditions climatiques et l'intensité du parasitisme ne sont pas les mêmes selon l'emplacement des fruits sur le plant. Il est par conséquent, indispensable de récolter tous les fruits des cotonniers choisis pour constituer un échantillon valable. Ces cotonniers sont pris dans une rangée représentative de la parcelle étudiée et l'on peut récolter soit un certain nombre de pieds contigus soit un plant sur cinq ou sur dix selon les cas. Il faut cependant fixer la taille de l'échantillon au nombre de capsules nécessaires plutôt qu'au nombre de pieds récoltés : en effet par suite de l'influence du niveau de fertilité ou des conditions culturales sur la productivité, un nombre donné de capsules peut être fourni par plus ou moins de plants. Après de nombreuses observations, nous avons fixé l'échantillon moyen représentatif à 400-600 capsules. Sur la Station de Bambari pour une production de 1 500 à 2 000 kg

de coton-graine à l'hectare, ce nombre de capsules est fourni par 30 à 40 plants c'est-à-dire dix mètres linéaires pris sur une seule rangée.

En 1969, le bien fondé de cette technique d'échantillonnage a été vérifié dans un essai mis en place selon la méthode du Carré Latin. Il comprend sept variétés, et les parcelles élémentaires sont de 12 lignes de 20 m de long (écartements entre les plants $0,80 \times 0,30$ m). Chaque parcelle est entourée d'une haie de pois d'angole (*Cajanus indicus*) de 2 m de large pour limiter la circulation des insectes d'une variété à l'autre. Les échantillons récoltés pour l'analyse « en vert » entre le 150^e et le 160^e jour du cycle des cotonniers sont de trois tailles : 800-1 200 fruits obtenus sur 20 m de cotonniers, 400-600 fruits obtenus sur 10 m et 200-300 fruits obtenus sur 5 m. L'analyse statistique des coefficients de pourriture déterminés après l'examen des échantillons montre qu'avec 800-1 200 et 400-600 capsules il est possible de classer les variétés selon leur comportement à l'égard de la pourriture capsulaire (tableau 3) ; en outre, des différences significatives existent entre certaines variétés au seuil de probabilité de 0,05. Au contraire, pour l'échantillon de 200-300 fruits, aucun classement n'est possible. La supériorité de l'échantillon élémentaire de 800-1 200 capsules sur celui de 400-600 capsules n'apparaissant pas, nous en restons à un échantillon de ce dernier volume.

Tableau 3. — Comparaison d'échantillons de différentes tailles pour l'analyse des capsules « en vert ».

Variétés	Coefficients de pourritures		
	800-1 200 capsules	400-600 capsules	200-300 capsules
Allen 333	10	10	8
BJA 592	12	14	11
D 9	11	10	15
E 40	17	13	19
HG 9	11	10	13
Reba B 50	14	14	12
Reba BTK 12	9	9	15
Différence significative au seuil de probabilité de 0,05	2,5	3,6	n.s.

Aux Etats-Unis, l'estimation des dégâts a surtout été faite sur le plan économique, après la maturité des capsules, sans chercher à retrouver la cause des dégâts. PINCKARD (1966) en Louisiane détermine le taux de capsules pourries sur une longueur de dix pieds (3 mètres environ) ou sur 20 à 30 plants, ce qui apparaît comme un volume d'échantillon insuffisant (200 à 400 capsules). Il considère comme pourrie toute capsule dont plus de la moitié n'est pas récoltable à la machine. RANNEY (1964, 1966), dans l'Etat du Mississippi, récolte à la main sur le plant même, autant de loges saines qu'il y a de pourries, le reste étant ramassé à la récolteuse (cotton picker), cela lui permet de chiffrer le poids de coton-graine perdu à l'unité de surface : l'analyse n'est pas qualitative et elle est faite sur une rangée de 20 à 25 mètres.

2.2.3. Discussion

Les résultats obtenus par l'analyse « en vert » des capsules ne correspondent pas exactement à ceux obtenus par l'analyse « en sec » ; ils sont toujours plus faibles, mais ils respectent le classement des objets pour leur comportement à l'égard des pourritures de capsules. Par exemple, dans l'essai cité plus haut, l'ordre de valeur des variétés est comparable (tableau 4) bien que pour l'analyse « en sec » il n'apparaisse pas de différences significatives entre elles. Plus généralement, l'analyse « en sec » servira de référence pour évaluer le plus fidèlement possible l'importance des dégâts, l'analyse « en vert » étant destinée à faire apparaître des différences relatives entre traitements ou variétés.

Tableau 4. — Comparaison des résultats de l'analyse « en vert » avec l'analyse « en sec » (moyenne de 7 répétitions de 10 m).

Coefficients de pourritures	Analyse « en vert »	Analyse « en sec »
Variétés		
Allen 333	10	13
BJA 592	14	15
D 9	10	14
E 40	18	21
HG 9	10	13
Réba B 50	14	17
Réba BTK 12	9	12

2.3. L'importance des dégâts

En Amérique du Nord et Centrale : delta du Mississipi, Californie, Nicaragua, El Salvador, Guatemala, les dommages dus aux pourritures de capsules sont importants là où l'humidité ambiante : pluie, rosée, irrigation, est alliée à un développement végétatif excessif dû à la richesse des sols : limons, terres volcaniques. Dans ce cas les insectes piqueurs ont un rôle relativement effacé et les capsules pourries sont souvent localisées à la base des plants. En Amérique

du Sud : Pérou, Sud du Brésil, Paraguay et dans l'Asie du Sud-Est : Birmanie, Thaïlande, les pluies abondantes au moment de la fructification et la présence de *Dysdercus* sont la cause essentielle des dégâts (Cot. et Fib trop., *Passim*).

En Afrique, les pourritures de la capsule sont observées dans les mêmes conditions : pluies d'un total annuel de 1 000 à 1 200 mm au moins, et débordant sur la phase de capsulaison du cotonnier, *Dysdercus* nombreux à cause d'une flore annuelle qui leur est favorable. Ces facteurs favorables sont réunis en Afrique de l'Ouest : Côte d'Ivoire, Centre et Sud de la Nigeria, Dahomey, Togo ; en Afrique Orientale et Méridionale : Uganda, Tanzanie, Zambie, Transwaal et en Afrique Centrale : sud du Tchad, département de la Benoué au Cameroun, provinces de l'Equateur et Orientale au Zaïre, Centrafrique.

La méthode de l'analyse « en vert » a permis d'évaluer les dégâts à Bambari. Ils sont estimés de 1960 à 1969 sur deux variétés : D 9 (10 années) et Réba B 50 (8 années) (tableau 5). Les échantillons sont prélevés dans l'essai variétal sur des parcelles élémentaires de trois lignes jusqu'en 1964 et de dix à douze lignes par la suite : chaque évaluation est la moyenne de sept à dix prélèvements de 500 capsules environ. Ces essais sont menés selon les techniques culturales utilisées sur la Station de Bambari et la protection insecticide est obtenue à l'aide de quatre à cinq applications de produits pesticides selon les années.

Tableau 5. — Dégâts totaux de pourriture de capsules sur la Station de Bambari (1960-1969).

Etat sanitaire	Capsules saines		Capsules avec chenilles		Capsules pourries		Coefficient de pourriture Q.P. ‰	
	D 9	Réba B50	D 9	Réba B50	D 9	Réba B50	D 9	Réba B50
Années								
1960	61,5	—	12,9	—	22,3	—	26,7	—
1961	59,1	—	14,3	—	24,5	—	29,0	26,0
1962	51,2	52,3	29,2	23,0	19,5	24,5	27,7	31,9
1963	58,8	58,1	19,9	22,4	21,3	19,6	25,8	23,4
1964	46,9	38,9	27,2	26,0	24,7	33,1	32,4	46,2
1965	86,4	80,7	3,2	4,7	10,4	14,6	10,7	14,8
1966	85,0	80,6	3,2	7,4	11,8	12,0	12,2	13,3
1967	76,8	75,2	12,5	10,8	10,5	13,8	12,0	15,6
1968	69,9	62,5	10,5	13,0	19,6	24,5	21,2	25,5
1969	80,2	78,3	9,3	9,7	10,5	12,1	10,8	14,0
Moyennes	67,5	65,8	14,2	14,6	17,5	20,3	20,9	23,4

Bien que la lutte contre les « vers de capsules » ait été plus efficace à partir de 1965, les capsules touchées par les pourritures sont toujours plus nombreuses que celles atteintes par les chenilles. Au point de vue économique les pourritures de capsules provoquent en moyenne une perte de production de 10 % environ, tandis que 10 % de la fibre récoltée sont dépréciés.

Le détail des dégâts sur capsules, a été évalué dans les essais variétaux de 1966 à 1969 et la moyenne des

analyses « en vert » a été faite pour les sept variétés semées, c'est-à-dire sur un total annuel de 20 000 à 25 000 capsules (tableau 6).

Les trois classes de capsules pourries distinguées sont de volume inégal : les pourritures internes avec piqûres de *Dysdercus* représentant en moyenne 61 % du total, mais d'une année à l'autre elles varient de 78 % en 1968, à 32 % en 1969 ; ces dommages correspondant assez étroitement à l'importance des populations d'Hémiptères dans les champs. Les pourritures

Tableau 6. — *Etat sanitaire des capsules durant 4 années de culture.*
(Moyenne de sept variétés).

Etat sanitaire des capsules, en %	1966	1967	1968	1969	Moyennes
Capsules saines	35	80	72	80	79
Capsules avec chenilles	4	9	10	9	8
Capsules pourries	11	11	18	11	13
dont :					
Pourriture externe	2,6	0,3	1,0	2,4	1,6
Pourriture interne sans piqûre	2,5	2,8	2,8	5,1	3,3
Pourriture interne avec piqûre	5,6	7,6	13,7	3,6	7,6
Coefficients de pourriture	12	12	19	12	14
Capsules momifiées *	7	9	5	12	8

* Le taux de momies est calculé par rapport au total de capsules à développement normal plus momies, tandis que tous les autres pourcentages ne tiennent compte que des capsules normales.

internes sans blessure constituent 26 % des dégâts (23 % en 1966 et 46 % en 1969), tandis que les pourritures externes sont les moins dangereuses avec 13 % du total (24 % en 1966 contre seulement 3 % en 1967).

L'état sanitaire capsulaire déterminé pour chaque variété apporte une information à retenir : il existe un comportement variétal différent à l'égard des pourritures de la capsule comme le montre le tableau 7.

Tableau 7. — *Etat sanitaire des capsules en fonction de la variété*
(Moyenne de cinq ans).

Etat sanitaire Variétés	Capsules saines %	Capsules avec chenilles %	Capsules pourries %	Pourritures externes %	Pourritures internes sans piqûre %	Pourritures internes avec piqûres %
Allen 333	31	6	15	1,9	3,3	9,3
BJA 592	78	14	8	1,2	2,6	4,1
D 9	78	8	14	2,9	3,3	7,6
E 40	75	8	17	2,2	6,8	8,4
HG 9	79	9	12	1,2	3,3	7,9
Réba B 50	73	12	15	1,5	3,9	9,8
Réba BTK 12	83	8	9	1,3	2,2	5,8

En effet, ces variétés peuvent se classer en trois catégories, si l'on considère les dégâts totaux de pourriture :

Bon comportement, BJA 592 et Réba BTK 12 ;

Comportement moyen, HG 9 ;

Mauvais comportement, D 9, Allen 333, Réba B 50, et enfin E 40.

Il apparaît aussi des différences dans les types de pourritures atteignant ces variétés. Les pourritures internes dues à des piqûres de *Dysdercus* sont plus importantes sur Réba B 50 et Allen 333 tandis que BJA 592 et Réba BTK 12 sont bien moins atteintes, les quatre autres variétés ont une position intermédiaire. Dans les pourritures internes sans blessure les écarts sont moins apparents : Réba BTK 12 et BJA 592 sont les meilleures tandis que E 40 est la plus mauvaise. Pour les pourritures externes, les plus touchées

sont D 9 puis E 40, tandis que les cinq autres variétés paraissent comparables.

A Stoneville dans le Mississippi, il a été possible de noter des écarts aussi marqués entre les diverses variétés mises en comparaison.

Ces comportements différents vis-à-vis des pourritures de capsules permettent d'envisager la mise au point d'une méthode de lutte variétale.

2.4. Conclusions

Les pourritures de capsules du cotonnier constituent un problème économique important en Centrafrique ainsi que dans les pays cotonniers les plus humides. Il s'agit d'une affection dont l'originalité réside dans la multiplicité des symptômes observés, la diversité des causes mises en jeu et leur imbrication avec de nombreux facteurs extérieurs.

Pour progresser dans l'étude des moyens de lutte contre cette maladie il était important de mettre à jour des différences dans le comportement variétal, de définir le rôle des divers facteurs externes ou internes sur l'infection capsulaire, et enfin de tester

l'efficacité de divers produits chimiques, fongicides ou autres. Un tel travail n'a été rendu possible que par la mise au point de l'analyse « en vert », technique précise d'évaluation des dégâts de pourritures de capsules.

Chapitre III : LES ORGANISMES RESPONSABLES

Les dommages de pourriture sur capsules sont attribués de par le monde à des organismes très nombreux appartenant à des groupes très divers. L'inventaire de ces agents doit être complété par une étude de leur pouvoir pathogène, tandis que la part réelle de chacun d'eux dans la pourriture est à déterminer.

3.1. Les techniques d'isolement

Nous avons eu l'occasion de faire de nombreux isollements à partir de capsules pourries dans divers pays : Côte d'Ivoire, Tchad, Cameroun, Iran, Etats-Unis, Paraguay. C'est cependant en Centrafrique que les études les plus précises ont été menées de 1960 à 1970.

Dans certains cas, l'existence de fructifications nettement reconnaissables permet de déterminer et même d'isoler directement l'organisme présent sur la capsule, mais le plus souvent, il faut faire appel à des techniques d'isolement et de purification en culture *in vitro*.

Les milieux de culture employés sont simples et peu nombreux : bouillon de pomme de terre glucosé et gélosé (PDA), malt gélosé (MA), décoction de haricot Lima gélosé (LBA), Czapeck (Cz). Dans la plupart des cas, il s'agit de milieux préparés (Difco). Plusieurs espèces bactériennes ou fongiques pouvant coexister, il est nécessaire d'éliminer les bactéries et champignons à croissance rapide pour isoler les autres. Dans ce but, nous employons des milieux à pH acide, au violet de gentiane et au rose de Bengale, et beaucoup plus rarement, des antibiotiques : streptomycine ou auréomycine. Lorsqu'il y a peu de bactéries, l'eau gélosée très compacte (35 à 40 g de gélose par litre d'eau) est utilisée.

La méthode habituelle d'isolement consiste à découper à l'aide d'un scalpel ou d'une aiguille lancéolée stérile de fins morceaux de tissus touchés, à la limite de la nécrose autant que possible (péricarpe, placenta, graines), à les désinfecter au chlorure mercurique à 2 pour mille pendant 1 à 2 minutes, rinçage à l'eau stérile, séchage entre deux feuilles de papier filtre stérile. Ces fragments sont placés sur des boîtes de Pétri contenant de l'eau gélosée. Les bactéries et les champignons à croissance rapide sont, si nécessaire, éliminés par les méthodes décrites ci-dessus.

Ensuite la croissance des thalles est suivie tous les jours, et de fins fragments cubiques sont prélevés en chambre stérile à l'extrémité des filaments s'éloignant des échantillons étudiés. Le prélèvement est fait au moyen d'une aiguille à cataracte stérile avec

ou sans l'aide d'une loupe binoculaire. Ce mode de prélèvement élimine en général assez facilement les bactéries, même sur un milieu seulement gélosé. Ces ensemencements sont ensuite transférés sur les divers milieux nutritifs gélosés. Avec un peu d'habitude, il est rare que l'on obtienne plus d'une espèce dans chaque tube ; dans le cas contraire, la purification pourra se faire à la faveur des différences de vitesse de croissance. L'intérêt de cette méthode réside dans le fait qu'elle permet de recueillir des informations quantitatives sur les souches isolées à partir d'un échantillon donné.

Certaines espèces, les plus nombreuses, fructifient sur PDA et peuvent y être identifiées ; les autres sont transférées sur d'autres milieux : MA, LBA, Cz. Dans le cas des *Fusarium*, nous avons dû quelquefois employer la tranche de pomme de terre ou la tige de citronnier pour obtenir des macroconidies. La mise en évidence de Protoascomycètes du genre *Ashbya* (*Nematospora*) (Ash. et Now.) Guill. a été très difficile : malgré la littérature abondante au sujet de ces espèces, qui seraient fréquentes sur pourritures de capsules au Zaïre (STEYAERT, 1934, 1936), en Afrique Orientale (PEARSON, 1934, 1948), de tels champignons n'ont pu être reconnus que deux fois à Bambari, en 1965 et 1967, dans des capsules piquées et obtenues sous infection artificielle en cage par les *Dysdercus*. Les isollements réussis ont été faits sur les traces mêmes des piqûres moins de 2 à 3 jours après que celles-ci aient eu lieu. Ces espèces, Endomycétales, se développent lentement sur PDA et leur conservation en collection est très délicate si l'on n'effectue pas des repiquages fréquents (tous les 15 jours environ).

Dans le cas des bactéries, il n'a jamais été employé de milieux spéciaux pour les mettre en évidence, et nous n'avons pas cherché à conserver toutes les souches découvertes, excepté pour les colonies qui paraissaient microscopiquement avoir quelque ressemblance avec l'agent de la bactériose du cotonnier. Cette dernière bactérie, *Xanthomonas malvacearum* (E.F. Smith) Dowson se cultive facilement sur PDA et a été souvent isolée de capsules pourries. Les quelques souches bactériennes conservées l'ont été à cause de leur fréquence ou de leur aspect extérieur typique. C'est ainsi qu'a été purifiée et conservée une colonie rouge très commune dans les pourritures internes et déjà signalées d'ailleurs par divers auteurs, ainsi qu'une bactérie jaune citron souvent mélangée à l'agent de la bactériose.

Certains Actinomycètes ont été aussi découverts dans des cas de pourritures avancées ; ils n'ont été ni conservés, ni déterminés.

3.2. La détermination des espèces fongiques

Nous avons isolé plus de 40 champignons, 30 genres ont été reconnus et 31 espèces ont été identifiées. Une dizaine de ces isollements n'ont pu être déterminés car il n'y a pas eu de fructification sur les milieux de culture utilisés; il ne s'agit pas d'espèces fréquentes.

La liste alphabétique des genres et espèces obtenus est la suivante:

Alternaria macrospora Zimm.
Ascochyta gossypii Woron.
Ashbya gossypii (Ash. et Now.) Guill. = *Nematospora gossypii* Ash. et Now.
Aspergillus flavus Lk ex Fr.
Aspergillus nidulans (Eidam) Wint.
Aspergillus niger V. Tiegh.
Aspergillus repens (Cda) Sacc.
Aspergillus sp.
Botryodiplodia theobromae Pat. = *Diplodia gossypina* Cke.
Cephalosporium sp.
Cercospora gossypina Cke.
Chaetomium globosum Kunze ex Fr.
Chaetomium olivaceum Cooke et Ellis.
Choanephora cucurbitarum Berk. et Rav.
Cladosporium herbarum Pers. ex Fr.
Colletotrichum gossypii South et sa forme parfaite:
Glomerella gossypii Edg.
Colletotrichum indicum Dast.
Cunninghamiella elegans Lendner.
Curvularia sp.
Fusarium moniliforme (Sheld.) Sn. et H.
Fusarium oxysporum (Schlecht) Sn. et H.
Fusarium roseum (Link) Sn. et H.
Fusarium solani (Mart.) (Appel et Wr) Sn. et H.
Fusarium sp.
Helminthosporium sp.
Myrothecium roridum Tode
Neurospora sitophila Shear et Dodge = *Monilia sitophila* (Mont.) Sacc.
Nigrospora oryzae (Berk et Br.) Petch
Penicillium glaucum Lk
Penicillium roseum Lk
Penicillium sp.
Pestalotia sp.
Phoma sp.
Phomopsis sp.
Phytophthora sp.
Rhizoctonia solani Kühn = *Pellicularia filamentosa* (Pat.) Rogers
Rhizopus nigricans Ehr. = *Rhizopus stolonifer* (Ehr. ex Fr.) Lind.
Schizophyllum commune (L.) Fr.
Sclerotium rolfsii Sacc. = *Corticium rolfsii* (Sacc.) Curzi
Trichoderma viride Pers. ex Fr.
Trichothecium roseum Lk ex Fr.
Xylaria sp.

Les *Fusarium* sont identifiés selon les critères de classification de SNYDER et HANSEN, les *Aspergillus* et les *Penicillium* selon ceux de RAPER et THOM.

Au point de vue systématique, la grande majorité des organismes trouvés appartiennent au groupe des Imparfaites ou Adélomycètes.

Ordre des Sphaeropsidales: *Ascochyta*, *Botryodiplodia*, *Phoma*, *Phomopsis*;

Ordre des Melanconiales: *Colletotrichum*, *Pestalotia*;

Ordre des Hyphales ou Moniliales, famille des Mucédinées: *Aspergillus*, *Cephalosporium*, *Penicillium*, *Trichoderma*, *Trichothecium*; famille des Dematiacées: *Alternaria*, *Cercospora*, *Cladosporium*, *Curvularia*, *Helminthosporium*, *Nigrospora*; famille des Tuberculariées: *Fusarium*, *Myrothecium*.

Par ordre d'importance numérique viennent ensuite des représentants de la classe des Siphomycètes.

Ordre des Mucorales: *Choanephora*, *Cunninghamiella*, *Rhizopus* et ordre des Péronosporales: *Phytophthora*.

Les espèces appartenant à la classe des Ascomycètes sont peu nombreuses: Protoascomycètes comme *Ashbya* ou Eusascomycètes comme *Chaetomium*, *Glomerella* et *Xylaria*.

La classe des Basidiomycètes est représentée par une seule espèce: *Schizophyllum*; quant aux mycéliums stériles, ils fournissent *Rhizoctonia* et *Sclerotium*.

Rares sont les espèces que l'on trouve sur capsule à la fois sous des formes parfaites et conidiennes. FOLLIN (1969) qui a étudié à Bambari la repartition de *Glomerella* et de *Colletotrichum* sur le cotonnier, note que sur le fruit les deux formes sont représentées, *Glomerella* étant la plus fréquente. En plus de la forme imparfaite classique, une autre espèce à spores falciformes est isolée, il s'agit de *Colletotrichum indicum* (RAYNAL, 1971).

La fréquence des espèces change d'une année à l'autre, d'une région à l'autre, en fonction de la saison et à mesure que la pourriture progresse. Toutefois certaines espèces sont plus constamment associées aux symptômes de pourriture des capsules que d'autres. En Centrafrique elles sont au nombre de sept: *Aspergillus flavus*, *A. niger*, *Botryodiplodia theobromae*, *Chaetomium olivaceum*, *Colletotrichum gossypii*, *Fusarium moniliforme*, *Rhizopus nigricans*.

Les espèces ne sont pas toutes rigoureusement liées au cotonnier et de ce point de vue on peut les classer en trois groupes:

a) Des agents pathogènes de la racine, de la tige, de la feuille et de la capsule du cotonnier comme *Alternaria macrospora*, *Ascochyta gossypii*, *Cercospora* sp., *Colletotrichum gossypii*, *Myrothecium roridum*, *Phytophthora* sp., *Rhizoctonia solani*, *Sclerotium rolfsii*...

b) Des organismes polyphages rencontrés très fréquemment sur des débris végétaux et qui peuvent croître également sur capsules de cotonnier: *Chaetomium globosum*, *Cladosporium herbarum*, *Curvularia* sp., *Fusarium* sp., *Helminthosporium* sp., *Nigrospora oryzae*, *Pestalotia* sp., *Phoma* sp....

c) Des éléments qui participent toujours aux pourritures de fruits ou d'organes de réserve des plantes cultivées sous climat tropical : *Aspergillus* sp., *Botryodiplodia theobromae*, *Fusarium* sp., *Penicillium* sp., *Rhizopus nigricans*, *Neurospora sitophila*, *Trichoderma viride*, *Trichothecium roseum*.

Les propriétés cellulolytiques de certains de ces organismes sont bien connues, ils détruisent la fibre de coton aussi bien dans la capsule qu'au cours du stockage après la récolte. Ils jouent de ce fait un rôle important dans la technologie cotonnière ; il s'agit essentiellement de : *Alternaria* sp., *Cladosporium herbarum*, *Chaetomium* sp., *Fusarium moniliforme*, *Helminthosporium* sp., *Nigrospora* sp.

3.3. Le parasitisme des espèces fongiques isolées

Dans la capsule immature, et par conséquent avant la déhiscence du fruit, les tissus internes sont aqueux et riches en sucres ; ils constituent donc un terrain d'élection pour les agents de pourriture. Mais ce milieu interne particulièrement favorable à leur croissance est protégé par le péricarpe. En ce qui concerne leur comportement à l'égard de la capsule, les champignons peuvent être rangés en trois catégories :

a - les uns sont susceptibles de traverser la paroi péricarpique par leurs propres moyens et se nourrissent ensuite aux dépens de la matière protoplasmique vivante du fruit ;

b - d'autres, incapables de percer les valves, ne pénètrent dans la place que par l'intermédiaire d'une voie d'accès naturelle ou d'une blessure. Mais ceci fait, ils se multiplient également aux dépens de la matière vivante capsulaire ;

c - la troisième catégorie réunit des espèces saprophytes qui envahissent les tissus morts du fruit et achèvent la destruction des cellules déjà tuées. Ce sont des éléments secondaires ne venant qu'après les parasites des deux premières catégories.

Il faut ajouter que certains de ces parasites sont capables de poursuivre leur croissance aux dépens des tissus qu'ils ont tués et se conduisent alors en saprophytes : il s'agit par exemple de *B. theobromae* et de divers *Fusarium*.

Pour reconnaître les aptitudes de ces différents champignons, des infections artificielles sur capsules s'imposaient. Cependant comme la texture et la composition des tissus carpellaires varient considérablement avec l'âge du fruit, il est nécessaire d'effectuer les inoculations sur des capsules ayant atteint des stades de maturité comparables. Pour cela la date de la floraison est repérée pour chaque capsule et leur âge lors de la récolte est parfaitement connu. Il est, en outre, indispensable de pouvoir disposer de fruits sains et sans blessures d'aucune sorte ; pour les obtenir, les fleurs sont protégées par un sac de cellophane dès leur fécondation et jusqu'à leur récolte. Débarassées de leurs bractées et désinfectées avec du chlorure mercurique à 0,1 %, les capsules sont prêtes à être inoculées.

Deux séries d'expériences sont nécessaires pour reconnaître l'aptitude des espèces à pénétrer avec ou sans blessure.

3.3.1. La pénétration à travers le péricarpe

Deux séries d'inoculations ont été menées à cinq années d'intervalle (1964 et 1969). Dans les deux cas, les capsules de la variété Réba B 50 sont récoltées à l'âge de 20-25 jours et placées sur des Bêcher ou des Erlenmeyer remplis d'eau stérile, avec un manchon de coton hydrophile autour du pédoncule, ce dernier trempant dans l'eau. Après l'infection, le récipient est placé dans un bocal de verre fermé avec, à l'intérieur, du coton hydrophile imbibé d'eau pour maintenir une atmosphère saturée d'humidité. Les infections sont effectuées, de deux façons différentes, sur des lots de 25 capsules :

— un carré de papier filtre de 1 cm de côté, mis auparavant en contact pendant une heure avec le mycélium d'une culture pure de l'organisme à tester est placé sur une valve dans sa partie centrale. L'adhérence de l'inoculat est obtenue par une goutte de paraffine ;

— une suspension concentrée de spores ou un broyat de mycélium, est pulvérisé sur les valves à l'aide d'un micropulvérisateur médical (VAAST) (figure 7).

Lors de la première série d'inoculation, *Aspergillus flavus*, *A. niger*, *Botryodiplodia theobromae*, *Chaetomium olivaceum*, *Colletotrichum gossypii*, *Fusarium moniliforme*, *Nigrospora oryzae* et *Rhizopus nigricans* ont été testés au cours de la seconde série, il s'agissait de : *Ascochyta gossypii*, *Ashbya gossypii*, *Choanephora cucurbitarum*, *Cladosporium herbarum*, *Fusarium oxysporum*, *F. solani*, *Rhizoctonia solani*. Dans les conditions de l'expérience, au bout d'une semaine, trois champignons seulement sont capables de traverser la paroi capsulaire y compris le sclérenchyme de l'endocarpe et de provoquer la pourriture des loges. Il s'agit de : *Ascochyta gossypii*, *Botryodiplodia theobromae* et *Colletotrichum gossypii*. Dans le cas de l'infection par contact, les taux de pénétration tissulaire sont faibles (1 à 3 capsules sur 25) tandis que pour l'infection par pulvérisation ils sont totaux (25 sur 25). Certaines parmi ces espèces, comme les *Fusarium*, les *Aspergillus*, se développent sur l'exocarpe, mais sont incapables de traverser l'assise lignifiée de l'endocarpe. Dans le cas de *Colletotrichum*, la pathogénie semble liée à la forme imparfaite ; en effet, FOLLIN (1969) reprenant le même genre de test avec différentes souches, n'a pas trouvé de *Glomerella* susceptibles de traverser les tissus valvaires : il considère d'ailleurs comme douteux que les *Glomerella* trouvés sur le cotonnier correspondent à la forme parfaite du *Colletotrichum gossypii* pathogène. Pour le même auteur *Colletotrichum indicum* serait incapable de pénétrer directement à travers le carpelle, tandis que RAYNAL (1971) considère que cette pénétration est possible.

Les souches identifiées comme *Fusarium oxysporum* et isolées à partir de capsules, ne provoquent pas de symptôme de trachéomycose sur le cotonnier et sont probablement différentes de *F. oxysporum* f. *vasinfec*.

tain, elles ressemblent en revanche étroitement à celles qui appartiennent au complexe responsable de fontes de semis. *Rhizoctonia solani*, bien que parasite vrai des plantules et quelquefois des feuilles, n'a aucune pathogénie vis-à-vis des fruits dans nos conditions expérimentales.

3.3.2. La pénétration à la faveur d'une blessure du péricarpe

La méthode ci-après a été mise en œuvre pour tester l'aptitude d'un champignon à pénétrer à la faveur d'une blessure et pour estimer son aptitude à décomposer le milieu interne une fois qu'il y a été introduit : un fin morceau de mycélium est introduit dans la locule à l'aide d'une aiguille de 3 à 4 mm de longueur. La piqûre est faite au centre d'une valve et la plaie est ensuite obturée avec de la paraffine (fig. 7). Les capsules préparées de la même façon que dans le test précédent, sont placées dans une atmosphère saturée d'eau pendant huit jours après lesquels le résultat est observé.

La première fois (1964) huit champignons (les mê-

mes que dans le paragraphe précédent) sont utilisés sur des lots de 25 capsules posées une par une sur un Erlenmeyer. A la suite d'une telle infection, l'agent introduit se développe à l'intérieur des locules et décompose plus ou moins totalement les loges, non seulement celle qui a été inoculée mais aussi les voisines. Quelquefois il atteint aussi le péricarpe dont il détruit une partie des tissus ; il est cependant très rare que le sclérenchyme de l'endocarpe le soit aussi. L'activité des champignons testés est mesurée selon deux critères : importance de la nécrose externe visible de l'extérieur sur la valve et taux de loges détériorées. En ce qui concerne le premier critère, les grades de 0 à 3 sont attribués selon l'échelle suivante :

Grade 0 : pas de nécrose.

Grade 1 : nécrose de moins de 25 mm² de surface.

Grade 2 : nécrose de 26 à 100 mm² de surface.

Grade 3 : nécrose de plus de 100 mm² de surface.

Le tableau 8 donne l'importance des symptômes observés.

Tableau 8. — Résultats des infections artificielles par piqûres faites sur capsule avec 8 champignons (1964).

Champignons	Grade des symptômes externes	% des loges endommagées
<i>Aspergillus flavus</i>	1	68 (58-77)*
<i>Aspergillus niger</i>	1	62 (52-72)
<i>Botryodiplodia theobromae</i>	3	77 (68-85)
<i>Chaetomium olivaceum</i>	2	48 (38-58)
<i>Colletotrichum gossypii</i>	2	60 (50-70)
<i>Fusarium moniliforme</i>	2	64 (54-73)
<i>Nigrospora oryzae</i>	0	27 (19-37)
<i>Rhizopus nigricans</i>	3	71 (61-80)

* intervalles de confiance au seuil de 95 %

Au cours de la seconde inoculation, des champignons sont introduits par piqûre comme dans l'expérience précédente, mais les capsules préparées de façon iden-

tique sont infectées par lot de 50 et disposées le pédoncule plongé dans l'eau dans une atmosphère saturée d'eau. Cette technique moins précise que la

Tableau 9. — Résultats des infections artificielles par piqûres faites sur capsules avec 10 champignons (1969).

Champignons	Taux de capsules infectées	Taux de loges endommagées
<i>Ascochyta gossypii</i>	100 (93-100)*	67 (57-76)*
<i>Ashbya gossypii</i>	56 (37-66)	28 (19-38)
<i>Choanephora cucurbitarum</i>	68 (54-80)	35 (26-45)
<i>Cladosporium herbarum</i>	94 (83-99)	42 (32-52)
<i>Fusarium oxysporum</i>	100 (93-100)	60 (50-70)
<i>Fusarium roseum</i>	90 (35-55)	33 (24-43)
<i>Neurospora sitophila</i>	0 (0-7)	0 (0-4)
<i>Penicillium glaucum</i>	14 (6-27)	6 (2-12)
<i>Rhizoctonia solani</i>	62 (47-75)	24 (16-33)
<i>Trichothecium roseum</i>	6 (1-17)	6 (2-12)

* intervalles de confiance au seuil de 95 %

PLANCHE II

A



B



Figure 7. — Tests de pathogénie :
A - Par pulvérisation d'une suspension infectante.
B - Par piqûre.

précédente, ne permet pas de réaliser la même aseptie, mais est en revanche plus rapide. Les notations ne tiennent pas compte de l'importance des nécroses mais seulement de leur existence (taux de capsules nécrosées extérieurement). Le tableau 9 exprime les résultats obtenus.

Ces résultats montrent que la grande majorité des organismes sont capables de détruire les loges une fois qu'ils sont introduits à l'intérieur des carpelles. Dans les conditions de l'expérience, les espèces les plus actives sont : *Ascochyta gossypii*, *Aspergillus flavus*, *A. niger*, *Botryodiplodia theobromae*, *Colletotrichum gossypii*, *Fusarium moniliforme*, *F. oxysporum*, *Rhizopus nigricans*, *Neurospora sitophila*, *Penicillium glaucum*, *Trichothecium roseum*. Il faut noter la faible aptitude parasitaire de *Ashbya gossypii*. Certains de ces champignons : *Neurospora sitophila*, *Penicillium glaucum*, *Trichothecium roseum*, se conduisent cependant comme de simples saprophytes et n'ont aucune aptitude à se développer sur les tissus vivants des loges. Il est difficile toutefois, à la vue de ces tests, d'établir une comparaison entre ces divers agents de pourriture car leurs températures optimales ne sont pas identiques.

3.4. Le cas des bactéries

Le *Xanthomonas malvacearum* (E.F. Smith) Dowson, agent de la bactériose, est isolé aussi bien des nécroses externes que des pourritures internes de capsule. Cette espèce a été identifiée par le seul procédé pratique à notre disposition : la production de symptômes foliaires typiques sur des jeunes plants de cotonnier d'une variété sensible comme D 9 ; l'infection étant faite au laboratoire par pulvérisation d'une solution aqueuse riche en bactéries. Il n'a pas été noté de différence dans la pathogénie vis-à-vis des capsules pour les souches isolées de différents organes du cotonnier : feuilles, tiges ou fruits.

Le test d'infection des capsules par contact extérieur, fait dans les mêmes conditions que pour les champignons montre que *X. malvacearum* peut traverser la paroi capsulaire par ses propres moyens. Par pulvérisation sur 12 capsules, 5 sont totalement pourries 15 jours après l'inoculation, tandis que les 7 autres restent saines. La méthode utilisant le carré de papier filtre donne un résultat nul.

L'inoculation artificielle par piqure détermine une pourriture interne plus lente à se développer que pour certains champignons. Par exemple, en 1969 au champ, les grades moyens de décomposition des loges (0 à 3 selon la gravité de la détérioration) sont les suivants pour 2 à 3 séries de 100-120 capsules âgées de 30 à 40 jours :

<i>B. theobromae</i>	: 2,8
<i>A. niger</i>	: 1,2
<i>C. gossypii</i>	: 1,1
<i>X. malvacearum</i>	: 0,8.

Quelques autres bactéries ont été envoyées à l'Institut Pasteur de Paris ou au laboratoire de Biocéno-

tique de l'I.N.R.A. (La Minière). Deux ont été identifiées : *Bacillus subtilis* (Cohn) Broznowski et *Bacillus thuringiensis* Berliner.

3.5. Discussion et conclusion

Les organismes participant aux pourritures de capsules en Centrafrique sont nombreux, le plus souvent banaux et pour la plupart des espèces ubiquistes. Cependant, les plus régulièrement rencontrés sont au nombre de huit, soit sept champignons : *A. flavus*, *A. niger*, *B. theobromae*, *C. olivaceum*, *C. gossypii*, *F. moniliforme*, *R. nigricans* et une bactérie : *X. malvacearum*.

Dans cette liste des agents responsables des pourritures de capsules en Centrafrique, il y a peu de bactéries et l'on peut être tenté d'expliquer cet état de choses par l'utilisation de techniques d'isolement axées surtout sur les champignons. En effet, dans d'autres pays certains auteurs attribuent une importance relative plus grande aux pourritures causées par les bactéries. C'est ainsi que HUNTER (1962, 1968) dans l'Oklahoma, souligne l'importance de *Bacillus* sp., *Achromobacter* sp., *Pseudomonas* sp. et considère que la bactérie la plus active est *Erwinia aroideae* (Townsend) Holland ; pour ASHWORTH et coll. (1969), *Erwinia herbicola* (Duggeli) Dye est responsable de nécroses internes des locules en Californie. COGNÉE et FRINKING (1966) en Côte d'Ivoire, ont isolé : *Bacillus pumilus* Gottheil, *Erwinia aroideae* et *Aerobacter aerogenes* (Kruse) Beij. et signalent que les deux premières espèces provoquent des décompositions très rapides de la capsule avec apparition de nécroses externes noires et rouges. Cependant si BAGGA et RANNEY (1967) considèrent, en utilisant une technique similaire à la nôtre, que *Bacillus subtilis* est capable de traverser les tissus du péricarpe capsulaire au même titre que *Xanthomonas malvacearum*, la plupart de ces bactéries dépendent le plus souvent d'insectes pour leur introduction à l'intérieur des carpelles. ASHWORTH et coll. (1969) citent notamment un Hémiptère Pentatomide : *Euschistus impictiventris* (Stal.) comme inoculateur des bactéries ; tandis que COGNÉE et FRINKING (*loc. cit.*) relient leur introduction aux perforations de chenilles de Lépidoptères.

Dans notre étude qui se limite aux pourritures directement induites par les microorganismes ou incitées par les piqures de *Dysdercus*, nous devons admettre que certaines bactéries participent au complexe de pourriture des capsules en plus de *X. malvacearum*. Il faut cependant souligner que la dépendance étroite des bactéries vis-à-vis des conditions climatiques au cours de l'infection permet de considérer que le rôle le plus important doit être attribué aux champignons.

En ce qui concerne ces derniers dans les autres pays producteurs de coton, la flore associée aux pourritures de capsules est très voisine de celle de Bambari. En Côte d'Ivoire par exemple, ce sont les mêmes espèces avec sensiblement la même incidence, sauf *Alternaria macrospora* qui a une fréquence plus importante qu'en Afrique Centrale. Aux États-Unis, la liste des microorganismes isolés sur capsules de cotonnier

publiée par le Département de l'Agriculture comprend tous les genres que nous avons signalés, excepté *Ashbya*, BAGGA (1970) dans sa liste des agents de pourriture isolés dans le delta du Mississipi, cite 41 genres ou espèces parmi lesquels se retrouvent ceux d'Afrique Centrale sauf *Ashbya gossypii*, *Chaetomium*, *Neurospora* et *Phomopsis*. Les espèces citées qui n'existent pas à Bambari sont peu nombreuses : il s'agit tout d'abord d'organismes faisant traditionnellement partie de la flore pathogène du cotonnier en Amérique du Nord : *Macrophomina phaseoli* (Maubl.), Ashby, *Thielaviopsis basicola* (Beck et Br.) Fer., *Verticillium albo-atrum* Reinke et Berth. A ceux-ci s'ajoutent des champignons fréquents dans les symptômes de pourritures de fruit : *Botryosphaeria berengeriana* de N., *Botryosphaeria ribis* Gross et Dug. et *Diplodia natalensis* Evans [= *Physalospora rhodina* (Berk. et Curt. Cke)]. Les deux espèces *C. gossypii* et *B. theobromae* (*Diplodia gossypii*) sont reconnues comme parasites vrais au laboratoire, ainsi que *Myrothecium vridium* que nous n'avons pas testé à Bambari à cause de sa faible incidence.

En El Salvador, LAGIERE (1970) signale les espèces suivantes : *Colletotrichum gossypii* et *C. indicum*, *B. theobromae*, *Fusarium* sp., *Nectria* sp., *Oospora* sp., *Phytophthora* sp., *Penicillium* sp., *Tuberculina* sp., *X. malvacearum* et de nombreuses bactéries non identifiées. Les éléments considérés comme les plus importants sont, par ordre d'intérêt décroissant : *C. indicum*, *Phytophthora* sp., *B. theobromae*, *C. gossypii* et les bactéries.

Les organismes mis en cause dans les pourritures de capsules, aussi bien en Centrafrique qu'en Amérique, sont moins intéressants par eux-mêmes que par les moyens qu'ils utilisent pour s'introduire dans le fruit. En effet, ces agents sont presque toujours banaux et ceux que l'on isole le plus souvent, n'ont pas toujours les moyens de traverser les tissus carpelaires. La pénétration de ces agents de pourriture dans la capsule avant sa déhiscence, peut s'expliquer en partie, en Afrique par l'existence des piqûres de *Dysdercus* tandis que ces Hémiptères n'existent pas dans la faune des Etats-Unis.

(à suivre)